

## LA MYCOFLORE DES CAROUBES

*Ceratonia siliqua* L.

par M.J. CHARPENTIÉ\* et St. MARAKIS\*\*

RÉSUMÉ. — Relevé floristique portant sur 930 isolements de la mycoflore des caroubes récoltées en Grèce, du sol sous les arbres et du sol des entrepôts. Remarques d'ordre systématique et biologique sur les espèces inventoriées.

### INTRODUCTION

Le caroubier est un petit arbre de la famille des Papilionacées qui se développe sur le pourtour de la Méditerranée. Il était très cultivé autrefois par les peuples nord-africains et est-méditerranéens tant pour l'affouragement des animaux que pour l'alimentation humaine. Actuellement la culture du caroubier a beaucoup régressé; cependant, dans certains pays tels que la Grèce, elle demeure un appoint non négligeable pour le bétail.

Le fruit du caroubier est une gousse pendante de 12 à 20 cm, épaisse, coriace, pourvue d'une substance pulpeuse qui sépare les graines, au nombre de 12 à 16. Par fermentation on en extrait une liqueur alcoolique et on exploite également, en pharmacologie, les propriétés antidiarrhéiques de ce fruit.

Les premiers recensements de champignons se développant sur les caroubiers, sont fournis par SACCARDO (1898) qui signale parmi eux *Phyllosticta ceratoniae*, *Septoria carrubi*, *Sphaerella ceratoniae*. Plus récemment, quelques phytopathologistes se sont intéressés aux maladies du caroubier.

\* Laboratoire de Cryptogamie du M.N.H.N., 12 rue de Buffon, 75005 Paris. - L.A. 257 (C.N.R.S.).

\*\* Calosgourou 3, T. T. 903 Patissia, Athènes, Grèce.

Le mildiou, *Oidium ceratoniae* a fait l'objet d'une étude de GRANITI en 1958 qui observe que les arbres mâles paraissent plus sensibles que les arbres femelles et les hermaphrodites. MARTELLI (1961) donne un bref aperçu des symptômes de l'antracnose du Caroubier causée par *Glomerella cingulata*, et DEMETRIADES et al. (1960), s'intéressent plus particulièrement aux fruits du Caroubier attaqués par *Diplodina ceratoniae*. Mais à notre connaissance, aucun auteur jusqu'alors, n'a fait un inventaire détaillé des champignons microscopiques saprophytes des Caroubes récoltées et stockées.

PANTIDOU (1973), recensant les champignons parasites, saprophytes ou mycorhiziques des plantes de Grèce, mentionne pour *Ceratonia siliqua* : *Coleophoma oleae*, *Diplodia ceratoniae*, *Diplosclerophoma ceratoniae*, *Oidium ceratoniae*, *Phoma ceratoniae* et *Septoria carrubi*.

Les essais qui sont à l'origine de cet inventaire ont pour objet la production d'une protéine fongique, obtenue par l'action des champignons microscopiques sur les Caroubes; au cours de cette étude, 930 souches de Micromycètes ont été isolées. L'ensemble de la mycoflore ainsi répertoriée fait l'objet d'une discussion quant à sa nature et sa fréquence.

## MATÉRIEL

En Grèce, la récolte des Caroubes est fixée à une date précise par le préfet de chaque département. Les caroubes tombées à terre sont récoltées un mois après et entreposées en vue de leur utilisation ultérieure.

Dans le cadre de ce travail, les récoltes ont été faites dans 2 lieux de Crète : Héraclion et Réthymnon. Le premier prélèvement fait en mars 1974, est constitué de 50 échantillons provenant de caroubes moisies ramassées à terre sous les arbres, 60 échantillons à partir des caroubes stockées dans les entrepôts. Au cours de la même récolte, 50 prélèvements sont effectués dans le sol sous les caroubiers et 40 dans le sol des entrepôts. En novembre 1974, dans les mêmes localités, 40 échantillons de caroubes sont prélevés sous les arbres ou dans l'entrepôt et, à partir du sol, 40 prélèvements sont effectués dans les entrepôts et 20 sous les arbres. Une nouvelle récolte est faite au cours de l'été 1978 ; l'isolement des microorganismes est alors effectué par une méthode différente (voir paragraphe technique).

Les échantillons de caroubes et les prélèvements de sol sont placés dans des sacs de plastique stériles et expédiés immédiatement au laboratoire pour l'isolement des champignons.

## TECHNIQUES

- Les prélèvements à partir du sol sous les caroubiers sont faits à une profondeur de 10 cm, ceux effectués dans le sol de l'entrepôt, à 5 cm de la surface.

- Les milieux de culture et les méthodes d'isolement ont été très diversifiés en vue de mettre en évidence le plus grand nombre possible de microorganismes :

Czapeck agar, Czapeck enrichi en saccharose (20 g), extrait de malt gélosé à 2%, milieu gélosé à base de foin, milieu osmophile à base de canne à sucre ( $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$ , 7,5 g;  $\text{NaH}_2 \text{PO}_4$ , 1,5 g;  $\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$ , 0,45 g;  $\text{FeSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$ , 0,5 g;  $\text{KCl}$ , 0,15 g;  $\text{CaCl}_2$ , 0,45 g;  $\text{ZnCl}_2$ , 0,03 g; extrait de levure, 3 g; canne à sucre, 30 g; 1 litre d'eau distillée), milieu cellulosique ( $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$ , 0,5 g;  $\text{KH}_2 \text{PO}_4$ , 1 g;  $\text{KCl}$ , 0,5 g;  $\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$ , 0,2 g;  $\text{CaCl}_2$ , 0,1 g; extrait de levure, 10 g; cellulose en poudre, 10 g; eau distillée, 1 litre). Les 930 souches isolées sont ensuite entretenues sur un milieu à base d'extrait de caroube obtenu par autoclavage à  $121^\circ$  à 1 atm. pendant 45 minutes, supplémenté avec 3% de sucre non raffiné.

## ISOLEMENTS

### 1. A partir des caroubes moisies

4 g d'échantillon de caroubes moisies sont coupés aseptiquement en morceaux de 4 à 6 mm et posés dans des boîtes de Pétri sur lesquelles on verse 10 ml de milieu à  $43^\circ\text{C}$ . Les boîtes sont mises à l'étuve à  $20^\circ$ ,  $30^\circ$ ,  $45^\circ$ . Les isolements sont faits de 2 à 10 jours après, soit à partir des colonies, soit par prélèvements directs sous la loupe binoculaire, soit par la méthode des dilutions successives effectuées de la façon suivante : une quantité déterminée de la culture est ajoutée à 9 ml de liquide Ringer 1/4 autoclavé, additionné de 0,01% de Tween 80, dans des boîtes universelles. Après mixage de cette suspension mère, des dilutions décimales sont effectuées aboutissant à un nombre de 3 à 6 colonies par boîte pour 1 ml de suspension.

### 2. A partir du sol

#### a) méthode des dilutions

A 25 g de sol sec placés dans une éprouvette graduée, on ajoute un milieu malt agar à 0,15 g jusqu'à un volume de 250 ml. Après broyage au Waring-Blendor (50 sec.), 5 ml de cette suspension sont versés dans 45 ml d'eau gélosée à 0,15%; cette dilution est répétée jusqu'à obtention de 3 à 6 colonies par boîte repiquées ensuite en culture pure.

#### b) ensemencement direct

5 à 15 mg de l'échantillon de sol additionnés d'une goutte d'eau distillée sont placés dans une boîte de Pétri avec 10 ml de milieu de culture à  $43^\circ\text{C}$ . Après homogénéisation des boîtes, celles-ci sont placées en étuve aux différentes températures; une fois développées, les colonies formées isolément sont repiquées en culture pure.

#### c) ensemencement par pipette

25 g d'échantillon de sol, placés dans un erlen de 500 ml avec 225 ml d'eau distillée sont broyés avec un mélangeur magnétique. Pendant la durée de l'opé-

ration, plusieurs prélèvements sont faits avec une pipette de 1 ml dont le contenu est versé dans 10 ml de milieu gélosé.

#### d) isolement des hyphes

L'échantillon de sol (1 à 1/2 g) est placé dans un bécher, puis mouillé jusqu'à saturation avec de l'eau distillée. Après 4 à 5 minutes, on fait circuler une eau stérile courante; les parties les plus lourdes de la suspension sont décantées. 1 minute plus tard le surnageant est enlevé; cette manipulation est répétée jusqu'à ce que la partie surnageante soit limpide. La partie inférieure, ainsi décantée est distribuée par petites quantités dans de l'eau distillée et examinée à la loupe pour observer les hyphes qui sont ensuite transférées avec une microaiguille dans une goutte d'eau stérile en boîte. Les hyphes séparés les uns des autres sont transportés sur un milieu gélosé à raison de 10 à 20 hyphes par boîte.

#### e) les Ascomycètes ont été mis en évidence par la méthode de désinfection partielle (WARCUP, 1963)

Pour limiter le développement bactérien pendant les isollements, le pH des milieux a été abaissé à 3,5 en ajoutant 5,7 ml d'acide citrique à 10% pour 100 ml de milieu. Cette technique efficace présente l'inconvénient d'éliminer aussi certains Micromycètes sensibles à un pH aussi bas. C'est pourquoi au cours de la récolte de 1978, le développement bactérien a été contrôlé par addition aux différents milieux de 0,5% de chloramphénicol. Il est donc probable qu'une grande partie de la mycoflore a été mise en évidence. Notons également que les souches ainsi isolées présentent une certaine adaptation au substrat qu'elles contaminent; en effet, les mêmes espèces isolées de différents substrats et cultivées sur un milieu à base d'extrait de caroube, se développent moins bien que les espèces isolées de caroube.

## RÉSULTATS

Le Tableau I présente l'inventaire des souches en fonction de l'origine du prélèvement: caroubes moisies, sol de l'entrepôt, sol sous le caroubier et caroubes autoclavées réensemencées spontanément. Il indique la fréquence de chaque espèce par rapport au nombre total de souches isolées (930) mais ne précise par cette fréquence pour chaque origine.

#### Fréquence et nature des microorganismes isolés

Il apparaît très clairement que les espèces les plus fréquemment isolées (*Aspergillus niger*, *Penicillium frequentans*, *Aspergillus flavus*, *Paecilomyces varioti*, *Penicillium expansum*) sont des moisissures très banales, ubiquistes, qui ne présentent aucune spécificité par rapport au substrat que nous étudions - dans la limite d'une certaine adaptation évoquée au paragraphe «milieux utilisés» -. Signalons tout de même qu'*Aspergillus flavus* peut être à l'origine de très graves accidents dans la mesure où certaines souches de cette espèce peuvent élaborer de l'aflatoxine.

Les espèces moins fréquentes qui contaminent 4 à 5% des lots méritent cependant de retenir notre attention.

- *Aspergillus terreus*, champignon du sol, est également cité sur des graines et sur des débris organiques en décomposition. Sa présence, à la fois sur les gousses et dans le sol, confirme bien les données antérieures. Signalons toutefois que dans tous les isollements observés, cette espèce présente des caractéristiques morphologiques inhabituelles : têtes bi- ou tricéphales prenant naissance sur un conidiophore sinueux. Les cultures elles-mêmes ne sont pas toujours typiques : mycélium stérile abondant, aspect laineux, ocre clair plus ou moins zoné. Mais les phialides dont certaines sont différenciées en filaments, produisent des conidies en colonnes serrées typiques du groupe *terreus*. Les cas de têtes d'*Aspergillus* à aspect «tératologique» sont fréquents et ont été déjà signalés par plusieurs auteurs, cependant cette anomalie semble relativement stable puisqu'elle est observée durant trois mois après plusieurs repiquages successifs.

- *Penicillium purpurogenum* var. *rubrisclerotium* dont l'identification a été confirmée par R.A. SAMSON est un champignon du sol dont la description originale de THOM (1915), souligne le caractère bien marqué. D'après l'auteur, il se rattache au point de vue systématique à la série *purpurogenum* dont il ne diffère que par la présence de sclérotés rouge foncé ou noir. A. STOLK (1973), comparant des souches de *Penicillium purpurogenum* var. *rubrisclerotium* qui ont perdu, au fil des ans, la capacité de produire des sclérotés, les rapproche plutôt de *Penicillium funiculosum* par l'aspect cultural laineux. Les souches de cette espèce que nous avons isolées dégagent une odeur si forte et si caractéristique de pelure de pomme de terre, que nous avons gardé le nom de variété pour les distinguer des autres espèces, *Penicillium funiculosum* et *P. purpurogenum* que nous avons isolées assez fréquemment. Notons enfin que *Penicillium purpurogenum* var. *rubrisclerotium* a été mis en évidence, dans nos essais, à la fois sur caroubes moisies, dans le sol de l'entrepôt et dans le sol sous les caroubiers.

C'est également le cas de *Penicillium funiculosum* dont la fréquence par rapport au nombre total d'isollements est sensiblement identique et dont la répartition se situe soit dans le sol, soit sur des débris végétaux en voie de décomposition, ce que confirment nos essais.

*Penicillium purpurogenum* est révélé seulement à partir du sol sous les caroubiers; il est en effet un composant fréquent de la mycoflore des sols des régions tempérées, tropicales et subtropicales et aussi un agent de détérioration de nombreux substrats organiques.

*Verticillium psalliotae* par contre se développe généralement sur des supports bien spécifiques. D'après GAMS (1971), il a été isolé de cultures de champignons, de rouilles, de Truffes, à partir d'insectes morts, de bouses de vaches et de tissu enfoui dans le sol. Sa présence ne semble pas avoir été signalée sur des grains en stockage bien qu'une espèce très proche, *Verticillium fungicola* soit mentionnée souvent sur ce substrat sous le nom de *Verticillium malthousei*.

Dans le travail présent il a été mis en évidence à partir du sol de l'entrepôt

et des caroubes moisies; il est probable qu'il s'est développé d'abord sur les caroubes qui lui offraient un substrat favorable, puis a envahi le sol de l'entrepôt.

*Aspergillus carbonarius* appartenant au groupe *niger*, probablement moins fréquent que *A. niger* mais très ubiquiste, est signalé par GUPTA (1956) comme agent de la pourriture des grains de raisin en Inde. Sa présence soit dans le sol, soit sur des substrats divers, semble liée à des climats chauds sans que cette condition soit nécessaire. Dans le cas des caroubes, nous l'avons isolé seulement à partir des gousses mais avec une fréquence relativement élevée (4,2); si nous tenons compte du fait qu'il est très proche d'*Aspergillus niger* au point de vue systématique et biologique, nous pouvons évaluer la fréquence cumulée de ces deux espèces à 12% ce qui place les *Aspergillus* du groupe *niger* largement en tête du cortège floristique des caroubes.

Dans le groupe des Mucorales, *Mucor mucedo*, *Rhizopus arrhizus*, *Absidia ramosa* et *Mucor genevensis* sont recensés. Seules les deux premières espèces sont relativement fréquentes, *Mucor mucedo* dans le sol sous les caroubiers et *Rhizopus arrhizus* sur les caroubes. Ces deux espèces très ubiquistes à la fois par leur répartition géographique et les substrats qu'elles envahissent, demandent cependant une humidité relative de l'environnement et une teneur en eau du substrat assez élevées. *Absidia ramosa*, hôte fréquent des graines et *Mucor genevensis*, essentiellement champignon du sol, sont ici isolés du sol de l'entrepôt avec une fréquence très faible.

## DISCUSSION

L'origine du prélèvement des différentes espèces isolées nous conduit à faire quelques remarques.

- Les espèces les plus fréquentes sont présentes à la fois sur les caroubes moisies et dans le sol de l'entrepôt (exception faite de *A. niger*, *A. flavus* et *P. expansum*). Autrement dit, la micropopulation de ce sol reflète celle des caroubes. Par contre, la microflore du sol sous les caroubiers est sensiblement différente de celle des caroubes bien que celles-ci séjournent un mois sur le sol avant d'être récoltées. Les prélèvements effectués à 10 cm de profondeur révèlent une micropopulation distincte à l'exception de 3 espèces assez fréquentes: *Penicillium purpurogenum* var. *rubrisclerotium*, *Penicillium funiculosum* et *Penicillium cyclopium*.

Trois espèces seulement se sont développées sur les résidus de caroube exempts de sucres solubles. Ces résidus obtenus par 8 autoclavages successifs, sont laissés à l'air libre pour être ensemencés spontanément. Parmi les nombreuses spores susceptibles de contaminer ces résidus, seules se sont développées «in situ», *Penicillium variable*, *Penicillium chrysogenum*, mutant blanc instable et *Trichoderma harzianum*. Cette dernière espèce notoirement cellulolytique a trouvé probablement un substrat convenant à ses aptitudes enzymatiques; *Penicillium chrysogenum* quant à lui, a sans doute modifié son métabolisme momentanément ce qui a entraîné une perte provisoire de sa pigmentation. Enfin *Penicil-*

*lium variabile* dont RAPER et al. (1968) mentionnent la présence sur des papiers humides en stockage et sur amidon, est donc apte à hydrolyser des molécules de polysaccharides.

Des espèces cellulolytiques sont isolées également à partir des caroubes et du sol : *Aspergillus oryzae*, *A. terreus*, *Fusarium moniliforme* et *F. solani*. Elles prennent certainement une part active à la décomposition de la cellulose contenue dans les gousses.

Certains micromycètes ont été mis en évidence seulement au cours des derniers isolements effectués avec du chloramphénicol comme bactéricide : *Fusarium oxysporum* var. *redolens*, *Fusarium solani*, *Phoma herbarum*, *Mucor mucedo*, *Cladosporium cladosporioides* et *Penicillium tardum*. Puisque les isolements antérieurs avaient été effectués en abaissant le pH à 3,5 à 4 en vue d'éliminer les bactéries, nous sommes en droit de nous demander si ces espèces sont sensibles à des pH de cette valeur et si leur développement a pu être inhibé en milieu franchement acide. D'après SMITH et BERRY (1975), le pH optimum de croissance pour les micromycètes se situe entre 5 et 7, avec une tolérance pour des pH assez bas sauf en ce qui concerne les Mucorales dont le développement est particulièrement ralenti par une diminution du pH. PANASENKO (1967) situant entre 2 et 10 les limites de pH dans lesquelles la croissance des micromycètes est possible, mentionne cependant que leur sporulation et leur activité enzymatique se situent dans une fourchette beaucoup plus étroite. Les espèces qui nous concernent, mises en évidence seulement par un milieu faiblement acide ou proche de la neutralité, ne sont pas citées dans les documents que nous avons consultés; il est donc difficile, en l'absence de données précises, de conclure de façon décisive. Cependant, étant donné le grand nombre d'isolements effectués, il est probable que ces espèces se seraient manifestées en milieu acide au cours des isolements antérieurs, si elles n'étaient pas sensibles à un pH bas.

- Bien que les gousses de caroube sur lesquelles ont porté nos essais constituent un support différent de celui des graines proprement dites, notamment par la teneur en cellulose et en lignine, nous pouvons rechercher des similitudes avec le comportement des graines stockées dégradées par les moisissures saprophytes. Ces dernières ont depuis longtemps été répertoriées sur toutes sortes de substrats, blé, maïs, avoine, haricot, lin, sorgho, pois, etc... Leur inventaire n'est pas exhaustif, cependant certaines espèces sont particulièrement inféodées aux graines : *Alternaria*, *Stemphylium*, *Helminthosporium*, *Fusarium*, *Botrytis*, *Acremonia*, pour ne citer que les genres les plus fréquents de la flore du champ, *Penicillium* spp. et *Aspergillus* spp. pour la flore de stockage. Dans le cadre de nos essais et bien que les gousses de caroube séjournent un mois sur le sol et soient ensuite entreposées, nous n'avons pas cherché à étudier l'évolution de la flore en conditions de stockage. Aucune estimation quantitative n'a d'ailleurs été faite. Il est difficile par conséquent de préciser à quel moment de cette évolution ont été faits les prélèvements. Cependant nous remarquons que sont encore présentes des espèces de la flore du champ : *Paecilomyces varioti*, *Alternaria tenuissima*, *Fusarium* spp., ainsi que des Mucorales et égale-

## Microflore des caroubes

| Espèces  | C.M. | S.E. | S.C. | C.A. | Fréquence |
|--|------|------|------|------|-----------|
| <i>Aspergillus niger</i>                             | +    | +    |      |      | 9,28      |
| <i>Penicillium frequentans</i>                       | +    | +    |      |      | 7,53      |
| <i>Aspergillus flavus</i>                            | +    |      |      |      | 6,98      |
| <i>Paecilomyces varioti</i>                          | +    | +    |      |      | 5,21      |
| <i>Penicillium expansum</i>                          | +    |      |      |      | 5,15      |
| <i>Aspergillus terreus</i>                           | +    | +    |      |      | 4,9       |
| <i>Pen. purpurogenum</i> var. <i>rubrisclerotium</i> | +    | +    | +    |      | 4,83      |
| <i>Verticillium psalliotae</i>                       | +    | +    |      |      | 4,5       |
| <i>Penicillium funiculosum</i>                       | +    | +    | +    |      | 4,42      |
| <i>Mucor mucedo</i>                                  |      |      | +    |      | 4,31      |
| <i>Penicillium purpurogenum</i>                      |      |      | +    |      | 4,23      |
| <i>Aspergillus carbonarius</i>                       | +    |      |      |      | 4,2       |
| <i>Fusarium moniliforme</i>                          | +    | +    |      |      | 4         |
| <i>Rhizopus arrhizus</i>                             | +    |      |      |      | 3,4       |
| <i>Penicillium cyclopium</i>                         | +    |      | +    |      | 3,2       |
| <i>Aspergillus fumigatus</i>                         |      | +    |      |      | 2,7       |
| <i>Alternaria tenuissima</i>                         | +    | +    |      |      | 2,6       |
| <i>Penicillium variable</i>                          | +    |      |      | +    | 2,15      |
| <i>Penicillium steckii</i>                           |      |      | +    |      | 1,6       |
| <i>Aspergillus oryzae</i>                            |      |      | +    |      | 1,6       |
| <i>Penicillium chrysogenum</i>                       |      |      |      | +    | 1,35      |
| <i>Aspergillus repens</i>                            |      | +    |      |      | 1,3       |
| <i>Fusarium solani</i>                               |      | +    |      |      | 1,29      |
| <i>Penicillium spinulosum</i>                        |      | +    |      |      | 1,2       |
| <i>Penicillium cyaneofulvum</i>                      | +    |      |      |      | 1,1       |
| <i>Aspergillus candidus</i>                          | +    |      |      |      | 1,1       |
| <i>Cladosporium cladosporioides</i>                  |      |      | +    |      | 1,1       |
| <i>Fusarium oxysporum</i> var. <i>redolens</i>       |      | +    |      |      | 1,08      |
| <i>Acremonium strictum</i>                           |      | +    |      |      | 0,96      |
| <i>Cladosporium sphaerospermum</i>                   |      |      | +    |      | 0,86      |
| <i>Absidia ramosa</i>                                |      | +    |      |      | 0,65      |
| <i>Phoma herbarum</i>                                |      | +    |      |      | 0,54      |
| <i>Mucor genevensis</i>                              |      | +    |      |      | 0,53      |
| <i>Penicillium tardum</i>                            |      | +    |      |      | 0,22      |
| <i>Trichoderma harzianum</i>                         |      |      |      | +    | x         |

C.M.: caroubes moisies; S.E.: sol de l'entrepôt; S.C.: sol sous les caroubiers; C.A.: caroubes autoclavées, réensemencées spontanément.



ment toutes les espèces de la flore de stockage dont l'essor dépendra des conditions hydriques régnant dans l'entrepôt. Quant au *Verticillium psalliotae* qui selon nous n'a jamais été signalé sur des graines, il est probable qu'il se comportera comme une espèce du champ et que ses exigences en eau et son manque de compétitivité au plan de la sporulation, causeront sa disparition progressive au sein des lots entreposés. Mais sa fréquence relativement importante (4,5) sur les caroubes et dans le sol de l'entrepôt, prouve qu'il est un élément non négligeable de la mycoflore de ce fruit. Notons enfin que parmi les espèces xérophiles seul *Aspergillus repens* se manifeste.

### CONCLUSION

La mycoflore des gousses de caroubes révèle des similitudes très réelles avec celle d'autres graines déjà étudiées. Les fruits des caroubes en décomposition offrent donc un support biochimique et biologique comparable à celui des graines. Notons cependant qu'une espèce, *Verticillium psalliotae* fait exception. La fréquence avec laquelle elle se manifeste exclut toute coïncidence. Il faut donc penser que le substrat que constituent les caroubes est favorable à ce micromycète, plus favorable en tout cas que celui des autres graines testées jusqu'à ce jour.

### BIBLIOGRAPHIE

- DEMETRIADES S.D., et al., 1960 — Rapport sommaire sur les maladies des plantes cultivées observées en Grèce au cours de l'année 1958. *Ann. Inst. phytopath. Benaki N.S.* 1, 6: 323-329.
- GAMS W., 1971 — *Cephalosporium*-artige Schimmelpilze p. 184-186, ed. Gustav Fischer Stuttgart.
- GRANITI A., — Appunti serlla «nebbia» del Carrubo in Sicilia. *Ann. Canad. Sci. For.* 7 : 309-328.
- GUPTA S.L., 1956 — Occurrence of *Aspergillus carbonarius* (Bainier) Thom causing grape rot in India. *Sci. and Culture* (Calcutta) 22 : 167-168.
- MARTELLI G.P., 1961 — L'antracnose del Carrubo. *Phytopath. medit.* (1) 3 : 138.
- PANASENKO V.T., 1967 — Ecology of microfungi. *Botanical Review* 33 (3) : 189-215.
- PANTIDOU M.E., 1973 — Fungus-host index for Greece. Benaki Phytopathological Institute, Athènes.
- RAPER K.B., THOM C., 1968 — A manual of the *Penicillia*. Hafner publishing Company, Baltimore.
- SACCARDO P.A., 1898 — *Sylloge Fungorum* 13 : 292.
- SMITH J.E., BERRY D.R., 1975 — The filamentous Fungi I (Industrial Mycology) p. 30 et 140. Edward Arnold ed., London.

- STOLK A.C., 1973 - *Penicillium donkii* sp. nov. and some observations on sclerotial strains of *Pen. funiculosum*, *Persoonia* 7 (2) : 333-337.
- THOM C., 1915 - The *Penicillium luteum-purpurogenum* group. *Mycologia* 7 : 141-142.
- WARCUP J.H., 1963 - Occurrence of dormant ascospores in soil. *Nature* 197 : 1317-1318.